Universidad Nacional Autónoma de México

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Manual de la Asignatura

Práctica de Temas Selectos de Acuicultura: Reptiles, Anfibios y Mamíferos Acuáticos (Delfines, Iguanas, Cocodrilos, Ranas y otros Organismos Acuáticos)

Tortugas (FMVZ-UNAM)

DIRECTORIO

Universidad Nacional Autónoma de México

Dr. Leonardo Lomelí Vanegas

Rector

Dra. Patricia Dávila Aranda

Secretaria General

Mtro. Tomás Humberto Rubio Pérez

Secretario Administrativo

Dra. Diana Tamara Martínez Ruiz

Secretaria de Desarrollo Institucional

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Dr. Carlos Guillermo Gutiérrez Aguilar

Director

Dr. José Luis Dávalos Flores

Secretario General

L.C. Enrique López Martínez

Secretario Administrativo

MVZ Ernesto Alfonso Fentanes Otero

Jefe del Departamento de Comunicación

Dr. Enrique Jesús Delgado Suárez

Jefe del Departamento de Publicaciones

Directorio

Lugar donde se imparte la asignatura práctica

FMVZ-UNAM, Circuito de la Investigación Científica s/n, Departamento de Medicina y Zootecnia de Abejas, Conejos y Organismos Acuáticos, 3er Edificio 2do Nivel, Ciudad Universitaria, Colonia Universidad Nacional Autónoma de México, Coyoacán, C. P. 04510, CU, México

Responsables

MVZ Angel García Hernández, MVZ Jesús Omar Fernández Narváez, MVZ Natalia Hernández León

Departamento al que pertenece la asignatura

Medicina y Zootecnia: Abejas, Conejos y Organismos Acuáticos (ACyOA)

Jefe de departamento

M. en C. Ricardo Anguiano Baez

Profesores que imparten la asignatura práctica

MVZ Angel García Hernández
MVZ Jesús Omar Fernández Narváez

Elaboró (abril 2024)	Revisó (agosto 2024)	Autorizó (agosto 2024)
MVZ Angel García Hernández	M. en C. Ricardo Anguiano Baez	M. en C. Ricardo Anguiano Baez

Índice

	Página
Lineamientos y observaciones	5
Introducción a la asignatura	5
Práctica 1: **Instalaciones, equipo y variables físicas**	6
Práctica 2: **Métodos de sujeción, toma de datos morfométricos y sexado**	9
Práctica 3**: Características generales de quelonios, identificación de especies**	13
Práctica 4: **Alimentación**	17
Práctica 5: **Higiene de las instalaciones y equipo**	19
Práctica 6: **Atención de casos clínicos**	22
Práctica 7: **Atención de casos clínicos**	22
Práctica 8: **Colección de muestras de orina y heces**	25
Práctica 9: **Colección de muestras sanguíneas**	29
Práctica 10: **Informes finales escritos, examen práctico**	32
Referencias bibliográficas	34

Lineamientos

- El alumno o la alumna entregará al coordinador de la práctica mínimo con un mes de anticipación los siguientes documentos:
  - Credencial actualizada
  - Carta compromiso COEPA firmada
  - Carta de presentación de estancia emitida por el coordinador
  - Certificado médico con grupo sanguíneo
  - Clave Única de Registro Poblacional (CURP)
  - Acta de nacimiento
  - Curriculum vitae con fotografía, redactando al final de éste, el motivo de trabajar con la especie

- El alumno o la alumna deberá entregar al profesor responsable de la asignatura, una copia de los documentos solicitados anteriormente, así como la Carta de Presentación elaborada por el coordinador de la práctica, con 5 copias fotostáticas de la misma

- El alumno o la alumna deberá cumplir con las disposiciones internas del lugar asignado para la práctica y las indicaciones de los profesores responsables de las prácticas, lo anterior con el fin de evitar accidentes que pongan en riesgo la salud y/o la vida de los asistentes

- La FMVZ a través de la FMVZ-UNAM proporcionará algunos de los materiales requeridos para la práctica, y el alumno o la alumna deberá llevar aquellos que se encuentran enlistados en la página de Enseñanza Práctica de la FMVZ

- El alumno o la alumna deberá demostrar cooperación y disposición durante el desarrollo de la práctica y para trabajar en equipo

- El alumno o la alumna deberá asistir a las prácticas con puntualidad y cumplir con el horario establecido y con las actividades establecidas en el programa académico

- El alumno o la alumna llenará la bitácora y hojas de actividades en presencia del profesor

Observaciones

- Los alumnos o las alumnas recibirán al inicio del curso una exposición de los objetivos, actividades y la forma de evaluación

- Las prácticas se realizarán en función del calendario, sin embargo, el orden de las mismas puede variar dependiendo de la programación de actividades de la FMVZ-UNAM

- Los alumnos o las alumnas podrán realizar otras actividades asignadas por el profesor responsable, aunque no se encuentren registradas en la hoja de actividades, con la finalidad de enriquecer las habilidades prácticas a obtener

INTRODUCCIÓN A LA ASIGNATURA

Las tortugas juegan un papel muy importante en los ecosistemas acuáticos por formar parte de la cadena trófica como depredadores y presas de otros vertebrados, son dispersoras de semillas y cavan hoyos que sirven como refugios para otros organismos. En México se han registrado 47 especies y subespecies de tortugas; a 25 de ellas se les ha categorizado como de importancia económica o con usos: siete marinas, trece dulceacuícolas y dos totalmente terrestres. Esta riqueza de tortugas representa el 0.15% de la población total de tortugas existentes en el mundo. Las tortugas de agua dulce son el grupo más intensamente explotado para consumo humano y el que posee proporcionalmente más especies en las categorías de mayor amenaza que cualquier otro grupo de tortugas no marinas. Esta sobreexplotación es resultado del valor que representan para la población humana, puesto que cubren un amplio espectro de recursos y productos consumibles (carne, huevos, aceite, remedios medicinales, mascotas y artesanías), lucrativos para el sector comercial. Sin embargo, como sucede cuando se explotan desmedidamente, otras amenazas que se derivan de este mismo sector, potencian la pérdida del recurso y su utilización. Adicionalmente, por ser las tortugas de agua dulce organismos resistentes que sobreviven con el mínimo de cuidados y bajo condiciones extremas, son altamente valoradas en las zonas rurales, donde las condiciones de almacenamiento y refrigeración de alimentos son nulas[3]. Debido a su importancia es necesario desarrollar en los estudiantes que cursen la asignatura, habilidades que promuevan la producción, conservación y el bienestar de las tortugas dulceacuícolas con diferentes fines en nuestro país[1,2,3]

Objetivo general de la asignatura

En la Práctica de Temas Selectos de Acuacultura: Reptiles, anfibios y mamíferos acuáticos (tortugas, iguanas, cocodrilos, ranas y otros organismos acuáticos) el alumno o la alumna desarrollará habilidades que promuevan la producción y/o conservación y bienestar de las tortugas dulceacuícolas utilizadas en nuestro país. El alumno o la alumna realizará la identificación de las instalaciones, equipo, y requerimientos ambientales; reconocimiento de las especies, métodos de sujeción, marcaje y toma de datos morfométricos; elaboración de dietas, higiene de las instalaciones y equipo, atención de casos clínicos y toma de muestras (sanguíneas, fecales y urinarias)

Práctica 1
Instalaciones, equipo y variables físicas

Objetivo general
El alumno o la alumna identificará las instalaciones y equipo y variables físicas de la unidad de producción acuícola o centros de preservación y conservación a través de los recorridos de inspección para comprobar que son los óptimos para los animales presentes

Objetivos específicos
1. El alumno o la alumna medirá las instalaciones en las que se mantienen tortugas dulceacuícolas o terrestres en cautiverio para posteriormente calcular la densidad de siembra de los quelonios
2. El alumno o la alumna verificará que existan áreas de ventilación en el recinto y que el agua del estanque tenga la profundidad requerida para las tortugas presentes
3. El alumno o la alumna monitoreará diariamente la temperatura ambiental y del estanque, así como el porcentaje de humedad ambiental
4. El alumno o la alumna evaluará el tipo de suelo, facilidad de limpieza e iluminación del recinto
5. El alumno o la alumna analizará los datos registrados, propondrá medidas correctivas y las aplicará en los casos correspondientes

Introducción
Desafortunadamente muchas de las enfermedades que se han presentado en quelonios mantenidos en cautiverio se relacionan a un manejo y/o una dieta inadecuada. El mejor modo de mantener a tortugas en cautiverio, es alojarlas en un recinto amplio al aire libre. Sea cual sea la infraestructura para mantener a los reptiles es importante que tenga dimensiones y características que permitan a la tortuga efectuar su termorregulación indispensable. Los reptiles deben disponer de libertad para moverse, ir de una zona más fresca a otra más cálida y viceversa, de forma que puedan mantener su temperatura corporal. Las instalaciones comprenden dos áreas: terrestre y acuática. En el área terrestre los animales acuden para descansar o exponerse a los rayos del sol. Cuando sea posible se les debe proporcionar luz natural, la cual es importante para el comportamiento y metabolismo de la vitamina D_3 en el metabolismo del calcio; también afecta el comportamiento y bienestar de las tortugas e induce su reproducción. Si no se cuenta con luz natural se puede colocar una lámpara o foco de 50-150 watts con espectro de luz UVB. Los sustratos que se colocarán en el área terrestre no deben ser tóxicos, ni irritantes y deben ser fáciles de limpiar como la hojarasca, peat moss (turba de musgo), sustrato de ciprés, pellets de alfalfa o sustrato de corteza; se deben evitar grava fina y arena, ya que al ingerirlas pueden ocasionar impactaciones gastrointestinales, así mismo la viruta al ser inhalada puede afectar vías respiratorias.

La superficie seca debe ser lo más grande posible; estimula incluso a ciertos individuos a explorar el lugar pero hay que evitar la sobrepoblación, ya que cada tortuga debe disponer de un refugio, tipo cueva, en el que disponga de sombra y protección del frío. Las dimensiones sugeridas para las instalaciones de especies semiacuáticas son: largo 5 veces la medida de longitud de una tortuga, ancho 3 veces la medida de longitud de una tortuga y la altura deberá ser suficiente para evitar que el animal escape. Es posible mantener diversas especies al aire libre durante algunos meses disponiendo de un lugar soleado, con una barda perimetral que delimite el albergue y protegido contra las corrientes de aire a través de la vegetación. Las tortugas son animales territoriales y los machos tienden a luchar entre sí, especialmente cuando son adultos y durante la época de reproducción, por

tanto, la proporción macho:hembra adecuada es de 3:5, o en lugares grandes, alojar a las hembras juntas y a los machos por separado.

Las áreas estarán delimitadas por una zona de transición que consiste en un piso de concreto en pendiente suave (30°) para prevenir que los ejemplares caigan abruptamente o con mucha velocidad al agua, y evitar que se lastimen el plastrón debido a la fricción. En el área acuática o estanque las tortugas se refrescarán y alimentarán, la profundidad del estanque debe corresponder al ancho de la tortuga más grande presente, para que al momento de voltearse puedan incorporarse sin problema. La zona de temperatura óptima preferida para tortugas dulceacuícolas se encuentra entre los 24 a los 29°C manteniendo el agua del estanque 3°C menos de la ambiental manteniendo una humedad relativa ambiental entre 60 y 90%; mientras que la zona de temperatura óptima preferida para tortugas terrestres se encuentra entre los 24 a 32°C manteniendo una humedad relativa entre el 30 al 50%. Una humedad relativa por debajo de los rangos establecidos tanto para tortugas dulceacuícolas como para terrestres puede ocasionar disecdisis[4,5,6]

Habilidades y destrezas a adquirir
El alumno o la alumna desarrollará habilidades en el manejo de equipo de medición de las variables físicas e instalaciones en donde se conservan tortugas dulceacuícolas y/o terrestres y en la interpretación y análisis de los resultados obtenidos, de acuerdo a las instalaciones, así como en la aplicación de medidas correctivas

Protocolo
Material general
- ✓ Termo-higrómetro
- ✓ Termómetro interno para acuarios

Material por alumno(a)
- ✓ Flexómetro
- ✓ Libreta para anotar
- ✓ Lápiz o bolígrafo
- ✓ Calculadora
- ✓ Botas de hule
- ✓ Filipina

Actividades
1. Medición de instalaciones y profundidad del agua del estanque de la zona húmeda
2. Monitoreo y evaluación de variables físicas (temperatura del agua y ambiental, porcentaje de humedad)
3. Identificación de equipo, áreas de ventilación, tipo de suelo, sustratos, fuentes de iluminación y calefacción
4. Análisis de datos
5. Implementación de medidas correctivas

Procedimiento
1. Observar las instalaciones en donde se mantienen a las tortugas
2. Reconocer las áreas que integran el/los recinto(s)
3. Medir con el flexómetro las dimensiones de la zona húmeda (estanque), zona seca y zona de transición; con los datos obtenidos, calcular el área de cada zona

4. Medir la temperatura ambiental, y el porcentaje de humedad con el termo- hidrómetro y registrar los datos observados. Realizar el monitoreo diariamente y registrar las mediciones
5. Medir con un termómetro interno la temperatura del estanque, manteniéndolo sumergido durante 1 min, anotar el dato obtenido. Realizar un monitoreo diario y registrar los datos obtenidos
6. Medir con el flexómetro la profundidad del agua del tanque y registrar el dato obtenido
7. Identificar las fuentes y equipo que proveen de iluminación y calefacción al recinto
8. Observar el tipo de suelo y sustrato del área seca
9. Analizar los datos obtenidos y evaluar si las instalaciones, áreas de ventilación y descanso, sustratos, equipo y requerimientos ambientales son adecuados para las diferentes especies de tortugas presentes en el/los recinto(s) (Figs. 1-5)
10. Proponer medidas correctivas y en su caso aplicarlas

Figura 1. Foco UVB para iluminación de recinto de tortugas
Fuente: Celia Mondéjar

Figura 2. Medición de temperatura y humedad con termo-higrómetro
Fuente: Liliana G. Jiménez

Figura 3. Zona de transición del recinto de tortugas
Fuente: Liliana G. Jiménez

Figura 4. Medición de área seca
Se observa el sustrato de peat moss
Fuente: Liliana G. Jiménez

Figura 5. Áreas húmeda y seca a medir del recinto de tortugas
Fuente: Liliana G. Jiménez

Evaluación

Realización de actividades, integración de conocimientos teórico-prácticos, informe escrito, adquisición de habilidades

Práctica 2
Métodos de sujeción, toma de datos morfométricos y sexado de los ejemplares

Objetivo general
El alumno o la alumna aplicará diferentes métodos de sujeción acorde al tamaño y especie para el manejo de los animales

Objetivos específicos
1. El alumno o la alumna describirá y aplicará diversas técnicas de sujeción para tortugas
2. El alumno o la alumna practicará los métodos de sujeción en tortugas al obtener datos morfométricos
3. El alumno o la alumna evaluará el crecimiento de las tortugas a través de la obtención de datos morfométricos
4. El alumno o la alumna identificará el sexo de las tortugas describiendo y señalando las estructuras morfológicas externas

Introducción
Las tortugas son animales muy fáciles de manipular, las mandíbulas son la única parte de su cuerpo que representa un peligro para el manejador ya que cuentan con fuerza suficiente para amputarnos una falange o hacernos un daño significativo. Al manejar cualquier especie de reptil, es importante sujetar la mayor parte del cuerpo del animal como sea posible. Los ejemplares más pequeños pueden sujetarse entre los dedos, mientras que los más grandes basta tomarlos con ambas manos por los lados del caparazón. Muchas tortugas pueden ser manejadas sosteniéndolas por los lados del caparazón, sin embargo, especies como la tortuga lagarto y tortugas de caparazón blando tienen cuellos excepcionalmente largos y pueden estirarlo para intentar morder. Estos animales deben sujetarse por la parte caudal del caparazón, teniendo cuidado de no ser rasguñados por las uñas de los miembros posteriores. Se puede utilizar una toalla para envolverlas y mantener los miembros dentro del caparazón evitando los rasguños, también puede ser usada para mantener la cabeza dentro del caparazón y evitar mordeduras.

Para examinar la cabeza y las extremidades de una tortuga, se puede ejercer presión contra la mitad del plastrón, de modo que la mitad anterior se abra ligeramente; a continuación, hay que colocar el índice en el espacio que hay entre el plastrón y separlo con cuidado; con ello se puede extraer la extremidad del reptil, posteriormente la otra; para extender la cabeza se debe aplicar una ligera presión con el dedo pulgar e índice detrás de las mandíbulas, de esta manera se toma por debajo ya que podrían retirarla cuando se quiere sujetar por la parte superior. Una vez que se tiene la cabeza debe aplicarse una tracción suave para vencer la resistencia de las tortugas, se debe tener cuidado de no hacerlo con mucha fuerza y evitando la presión dorso ventral con los dedos, ya que esto puede ocasionar lesiones en tejidos del cuello y tráquea. Esta técnica está limitada por el tamaño, el estado físico y comportamiento de la tortuga, siendo necesarios en algunas ocasiones dos controladores en caso de tortugas grandes.

Para su manejo y transporte las tortugas pueden colocarse en contenedores de plástico que no permita que escapen. Un registro del peso y las dimensiones del cuerpo (datos morfométricos) deben ser parte de cualquier valoración del estado de salud de los organismos. También sirven para lotificar, conocer la estructura poblacional y evaluar patrones de crecimiento. El monitoreo del peso es esencial cuando se manejan grupos grandes de individuos en donde la observación individual podría ser impráctica. Además,

conocer el peso del individuo es importante cuando se requiere administrar fármacos. El peso y longitud son convencionalmente medidos en unidades métricas. En las tortugas dulceacuícolas se toman las siguientes medidas:

-Longitud lineal o recta del caparazón (LLC o LRC): se mide desde la parte externa del escudo nucal a lo largo del caparazón hasta el escudo caudal con vernier o cinta métrica en el caso de la longitud circular o curva del caparazón.
-Ancho lineal o recto del caparazón (ALC o ARC): se coloca el instrumento de medición (vernier o regla) del sexto escudo marginal izquierdo al sexto escudo marginal derecho, en el caso del ancho circular o curvo del caparazón se utiliza una cinta métrica.
-Longitud lineal del plastrón (LLP): se mide utilizando un vernier con el ejemplar en decúbito dorsal y debe seguirse la línea media del plastrón en toda su longitud, de la zona anterior a la posterior, en el caso de la longitud circular o curva (LCP) se sigue el mismo patrón utilizando cinta métrica.
-Altura máxima del caparazón (ALT2): se mide desde la base del plastrón hasta el punto medio del caparazón en su zona más alta.

En cuanto al sexado, el dimorfismo sexual es bastante evidente en los ejemplares jóvenes y adultos, los machos tienen una cola más larga y más ancha en su base (por la presencia del pene) y su abertura cloacal está más cerca del extremo de la cola, alejada del margen caudal del plastrón. En las hembras la abertura cloacal está más cerca del margen caudal del plastrón[5,7].

Habilidades y destrezas a adquirir
El alumno o la alumna adquirirá habilidades en la obtención de datos morfométricos, densidad de siembra, biomasa y en la determinación del sexo de cada ejemplar, y las destrezas en la sujeción de tortugas.

Protocolo
Material general
✓ Contenedores de plástico
✓ Quelonios

Material por alumno(a)
✓ Vernier
✓ Cinta métrica
✓ Flexómetro
✓ Hojas de registros
✓ Tablas para anotaciones
✓ Franela chica y mediana

Actividades
1. Aplicación de diferentes técnicas de sujeción
2. Obtención de datos morfométricos
3. Cálculo de densidad de siembra
4. Identificación de caracteres sexuales secundarios
5. Determinación de dimorfismo sexual entre especies

Procedimiento

Aplicación de técnicas de sujeción, obtención de datos morfométricos y biomasa

1. Colocar a las tortugas en contenedores de plástico
2. Realizar las técnicas de sujeción correspondientes al tamaño de las tortugas previa demostración por parte del profesor y a lo descrito por los alumnos
3. Con el vernier y flexómetro obtener las siguientes medidas: Longitud Lineal Caparazón (LLC), Ancho Lineal Caparazón (ALC), Altura (A), Longitud de Cabeza (LC), longitud de cola (LCo), longitud del plastrón (LP) y ancho del plastrón (AP)
4. Con la cinta métrica obtener la longitud curva del caparazón (LCC) y ancho curvo del caparazón (ACC)
5. Registrar los datos morfométricos obtenidos en las tablas de Excel solicitadas
6. Con los datos obtenidos de la LC, LLC y LCo obtener la Longitud Total
7. Mediante los datos morfométricos obtenidos calcular la densidad de siembra en el recinto de las tortugas
8. Realizar el pesaje de cada organismo y obtener la biomasa
9. Registrar los datos obtenidos (Figs. 6-18)

Figura 6. Sujeción de una tortuga mediana
Fuente: MVZ Natalia Hernández León

Figura 7. Sujeción de una tortuga grande
Fuente: Natalia Hernández León

Figura 8. Sujeción en tortuga lagarto
Fuente: MVZ Natalia Hernández León

Figura 9. Medición de Longitud Plastrón (LP)
Fuente: Alfredo González,
Zayra Guadalupe

Figura 10. Medición de Ancho Plastrón (AP)
Fuente: Alfredo González, Zayra Guadalupe

Figura 11. Medición de Ancho Lineal Caparazón (ALC)
Fuente: Alfredo González, Zayra Guadalupe

Figura 12. Medición de Altura (A)
Fuente: Alfredo González, Zayra Guadalupe

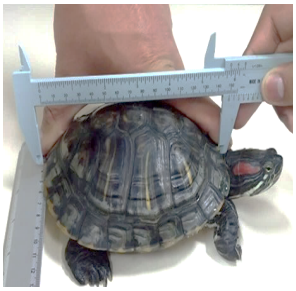


Figura 13. Medición de Longitud Lineal Caparazón (LLC)
Fuente: José Páramo

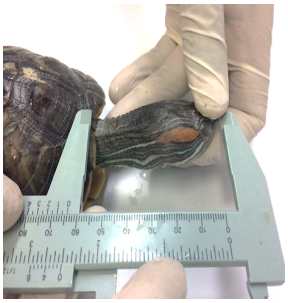


Figura 14. Medición de Longitud Cabeza (LC)
Fuente: Alfredo González, Zayra Guadalupe

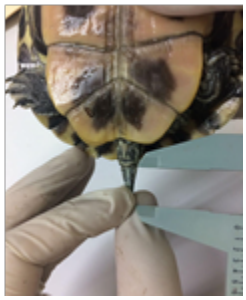


Figura 15. Medición de Longitud de Cola (LCo)
Fuente: Alfredo González, Zayra Guadalupe

Figura 16. Medición de Longitud Curva Caparazón (LCC)
Fuente: José Páramo

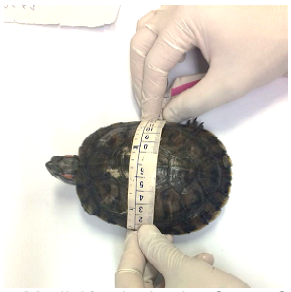


Figura 17. Medición de Ancho Curvo Caparazón (ACC)
Fuente: Alfredo González, Zayra Guadalupe

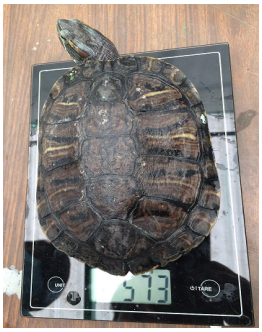


Figura 18. Pesaje de tortuga
Fuente: MVZ Natalia Hernández León

Determinación del sexo

1. Separar a las tortugas en contenedores de plástico
2. Reconocer las estructuras morfológicas externas para determinar el sexo en las tortugas: mayor aproximación de la cloaca a los escudos anales en la hembra, menor en el macho)
3. Determinar dimorfismo sexual en las diferentes especies, presencia de uñas largas en el caso del macho de la especie orejas rojas (*Trachemys scripta elegans),* mayor longitud en las hembras, cavidad a la altura de escudos abdominales en machos del género Kinosternon (Figs. 19, 20)

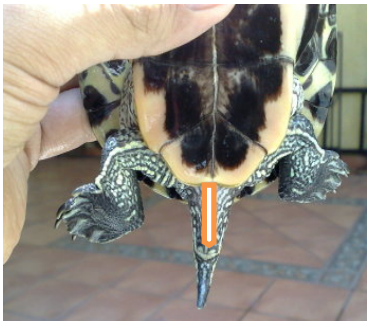


Figura 19. Distancia entre escudos anales y cloaca en un macho especie *Trachemys scripta elegans*
Fuente: MVZ Natalia Hernández León

Figura 20. Distancia entre escudos anales y cloaca en una hembra especie *Trachemys scripta elegans*
Fuente: MVZ Natalia Hernández León

Evaluación

Realización de actividades, informe escrito, integración de conocimientos teórico-prácticos, adquisición de habilidades

Práctica 3
Características generales de quelonios, identificación de especies

Objetivo general
El alumno o la alumna reconocerá las especies presentes en la FMVZ-UNAM a través de sus características biológicas y mediante claves taxonómicas para determinar las actividades zootécnicas a realizar

Objetivos específicos
1. El alumno o la alumna reconocerá las características biológicas generales de los quelonios
2. El alumno o la alumna distinguirá las especies mediante guías de claves taxonómicas
3. El alumno o la alumna clasificará a las especies de acuerdo al medio en el que habitan (terrestres, acuáticas o semiacuáticas), a través de sus características morfológicas

Introducción
Las tortugas son reptiles que pertenecen al orden Chelonia (Quelonios) y son en conjunto el grupo de animales más antiguo existente sobre la tierra, cuya característica común es la presencia de una concha ósea compuesta de caparazón y plastrón que protege a los órganos y a la cabeza y las extremidades cuando estas son retraídas. La concha está constituida por dos capas, la capa más superficial, muy fina, está formada por tejido queratinizado estructurado en placas, escudos o escamas, que confieren al animal la coloración que les caracteriza.

La disposición de las placas es similar en casi todas las especies. En el caparazón, las cinco placas de cada fila central son llamadas vertebrales o centrales. A ambos lados de éstas, hay una fila de cuatro placas denominadas costales o laterales; las placas que rodean el caparazón son conocidas como marginales o periféricas; y por último, la placa anterior es la nucal y la posterior la supra caudal. Las placas del plastrón se agrupan en seis pares. De craneal a caudal se conocen como gulares, humerales, pectorales, abdominales, femorales y anales, y la que se halla junto a la base de la extremidad anterior se denomina axilar, y la que se halla junto a la base de la extremidad posterior se conoce como inguinal. La segunda capa está formada por escudos o placas óseas.

Otra característica distintiva de las tortugas es que no poseen dientes, sino un pico córneo, presentan cuatro miembros, adaptados para el medio en que se desenvuelven y un cuello largo, que puede ser retráctil o no.

Los quelonios ponen grandes huevos de caparazón calcáreo, en orificios del suelo que abren y donde el sol pueda calentarlos. Las quelonias incluyen a las tortugas terrestres, semiacuáticas y acuáticas de agua dulce y marinas. En las tortugas de tierra las extremidades son cortas y fuertes, apropiadas para levantar el peso del cuerpo y del caparazón, a diferencia de las tortugas acuáticas que poseen membranas interdigitales.

La familia *Kinosternidae* es un grupo de animales semiacuáticos de talla pequeña a mediana del Nuevo Mundo y pertenecen al suborden Criptodira (aquellas que retraen la cabeza dentro del caparazón). El caparazón es medianamente alto y ovalado con un plastrón flexible que les permite sellar el caparazón; poseen además glándulas que secretan un mal olor cuando son molestadas. Los ejemplares de la familia *Emydidae* son tortugas semiacuáticas criptodiras y no tienen glándulas secretoras externas. A esta pertenecen las del género Trachemys *sp. y Rhinoclemmys sp.* Las del género Trachemys

son más bien aplanadas, de tonalidades verdes y manchas amarillo-negruzcas; presentan además líneas de color rojo, naranja o amarillo en la región auricular postorbital. La tortuga pavo real (*Trachemys venusta venusta*) posee un caparazón oval y moderadamente en forma de domo con puntos negros, rodeados de círculos de color rojo a tonos naranjas. Llegan a medir de 40 a 48 cm. de longitud de caparazón y pesar de 1600 a 2400 g, es la tortuga más distribuida en el Veracruz (México) y sus poblaciones llegan hasta Centroamérica. Vive en ríos y lagos tropicales, prefiere aguas tranquilas con fondos suaves y abundancia de vegetación acuática y adecuados sitios para asolearse.
Las tortugas de la familia *Chelydridae* tienen un caparazón tan reducido que su cabeza sólo puede retraerse dentro de los pliegues del cuello dejando su nariz visible, no son buenas nadadoras y con frecuencia caminan a lo largo del estanque. También tienen una mandíbula fuerte para la depredación y protección. Su caparazón es de color verde olivo, tiene entre 40 y 50 cm de longitud, aplanado con escudos dorsales rugosos. Los escudos marginales poseen un borde dentado. La cabeza es voluminosa cubiertas por diversas protuberancias como espinas, tres de ellas alargadas en la barbilla. Tienen cola gruesa muy larga, con una serie de puntas y escamas sobresalientes. Extremidades posteriores más largas que las anteriores, provistas de membranas interdigitales desarrolladas y uñas gruesas y largas, tiene 5 dedos en las extremidades anteriores y 4 en las posteriores[8,9,10].

Habilidades y destrezas a adquirir
El alumno o la alumna adquirirá habilidades en la identificación de las diferentes especies cuyos usos zootécnicos son consumo y mascotas; discernirá entre aquellas que son terrestres y dulceacuícolas a través de la observación de sus características morfológicas, y las destrezas en el uso de guías de claves taxonómicas para tortugas

Protocolo
Material general
✓ Contenedores de plástico
✓ Quelonios

Material por alumno(a)
✓ Libreta para anotar
✓ Guías de claves taxonómicas
✓ Lápiz o Bolígrafo
✓ Botas de hule
✓ Filipina
✓ Guantes de protección

Actividades
1. Reconocimiento de características generales en quelonios
2. Reconocimiento de las especies de acuerdo a su hábitat
2. Identificación de las especies mediante guías de claves taxonómicas

Procedimiento
1. Utilizando guantes, sujetar a una tortuga y reconocer sus estructuras anatómicas externas (caparazón y plastrón, cabeza y cuello, extremidades)
2. Clasificar a las tortugas de acuerdo al medio en el que habitan (terrestres, acuáticas y/o semiacuáticas) observando y señalando las características morfológicas específicas (presencia o ausencia de membranas interdigitales)
3. Colocar a las tortugas en los contenedores de plástico

4. Identificar y señalar las características biológicas generales por especie (hábitat, distribución, alimentación, comportamiento)
5. Clasificar a las especies presentes reconociendo y señalando las características morfológicas descritas en las guías de claves taxonómicas (Figs. 21-26)

Evaluación
Realización de actividades, integración de conocimientos teórico-prácticos, informe escrito, elaboración de álbum fotográfico, adquisición de habilidades, material completo

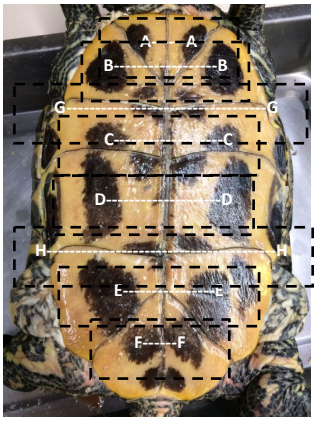


Figura 21. Escudos del plastrón. A. Gulares.
B. Pectorales, C. Humerales, D. Abdominales,
E. Femorales, F. Anales, G. Axilares
H. Inguinales
Fuente: MVZ Natalia Hernández León

Figura 22. Ejemplar de tortuga caimán (*Macrochelys temmicki*)
Se observa el apéndice vermiforme
Fuente: José Páramo

Figura 23. Tortuga casquito (*Kinosternon spp*).
Se observa el caparazón en forma de bóveda o "casco"
Fuente: José Páramo

Figura 24. Ejemplar de la especie orejas rojas (*Trachemys scripta elegans)*
se aprecian las bandas de color rojo a ambos lados de la cabeza
Fuente: MVZ Natalia Hernández León

Figura 25. Ejemplar terrestre. Tortuga del bosque *(Rhinoclemmys pulcherrima*)
Fuente: MVZ José Páramo

Figura 26. Ejemplar de tortuga pavorreal (*Trachemys venusta)* se aprecian las figuras en forma de ocelos en escudos costales
Fuente: MVZ Natalia Hernández León

Práctica 4
Alimentación

Objetivo general
El alumno o la alumna participará en la alimentación de las especies presentes elaborando y administrando las dietas para el mantenimiento de los animales

Objetivos específicos
1. El alumno o la alumna seleccionará los ingredientes para elaborar dietas de acuerdo a los hábitos alimenticios de las tortugas
2. El alumno o la alumna elaborará y administrará diferentes dietas para tortugas

Introducción
Los quelonios pueden ser herbívoros, omnívoros o carnívoros. Las tortugas terrestres son principalmente herbívoras, su dieta debe componerse de un 5% de alimento vivo o proteico, 10% de frutas y 85% de vegetales; complementándose con alimento peletizado, sin embargo, hay que evitar el exceso del mismo debido a los niveles altos de proteína (40-45%). También se puede complementar con Ca, vitamina A y D_3. Se deben evitar los vegetales o frutas que contengan un exceso de oxalatos como las fresas, moras, betabel, espinacas, lechuga, etc; ya que los oxalatos intervienen en el metabolismo del Ca.

Las tortugas semiacuáticas generalmente son omnívoras, se nutren de materia vegetal y animal en una proporción de 50:50. Los organismos jóvenes tienden a comer un gran porcentaje de carne y conforme crecen consumen más materia vegetal. En el medio silvestre se alimentan de anfibios, peces, crustáceos, moluscos, insectos, arañas, anélidos, algas, plantas acuáticas o flotantes sobre todo lenteja de agua. Las dietas de las tortugas carnívoras deben contener de un 30 a 60% de grasa, 25-60% de proteína y 10% de carbohidratos. Es fundamental recordar que una alimentación exclusivamente a base de camarones y pescado seco no es equilibrada y puede provocar graves problemas de salud (enfermedades metabólicas, avitaminosis o infecciones).

En general las tortugas pequeñas deben ser alimentadas diariamente, mientras que las adultas pueden ser alimentadas 2-3 veces a la semana. Es indispensable que todas las especies de tortugas tengan acceso a agua potable para su hidratación. La relación de Ca:P en las dietas de alimentación de los quelonios es de ≥2:1S si se encuentran en constante estrés debido a la aparición frecuente de enfermedades óseas. Al elegir la dieta adecuada para los quelonios se deben considerar los niveles de fitotoxinas como: oxalatos, fitatos y tiocianatos presentes en vegetales y hortalizas ya que pueden interferir en el metabolismo de nutrientes como el calcio y hierro[4,9,10,11]

Habilidades y destrezas a adquirir
El alumno o la alumna adquirirá la habilidad de identificar aquellos ingredientes con diferentes niveles de fitotoxinas y discernir entre los mejores para elaborar dietas en tortugas. Generará la destreza en la elaboración de dietas considerando los nutrientes necesarios acordes a cada etapa de vida y hábitos alimenticios de cada especie presente.

Protocolo
Material general
✓ Báscula
✓ Ingredientes para dietas
✓ Alimento comercial balanceado
✓ Tabla para picar, cuchillo

Material por alumno(a)
✓ Libreta para anotar
✓ Lápiz o Bolígrafo
✓ Botas de hule
✓ Filipina
✓ Guantes de protección

Actividades
1. Calculo de las raciones a administrar
2. Reconocimiento de las especies de acuerdo a sus hábitos alimenticios
3. Selección de ingredientes para elaborar las dietas
4. Elaboración de dietas para las tortugas, considerando el porcentaje de inclusión de los ingredientes seleccionados
5. Administración de las dietas elaboradas a las tortugas, observando el comportamiento de los animales durante la alimentación

Procedimiento
1. Con los datos obtenidos previamente de la biomasa de todos los animales, calcular las raciones de las dietas considerando los hábitos alimenticios de las especies
2. Seleccionar ingredientes y porcentaje de inclusión en las dietas
3. Elaborar una dieta para las especies omnívoras
4. Elaborar una dieta para las especies carnívoras
5. Elaborar una dieta para las especies herbívoras
6. Elegir la presentación para administrar las diferentes dietas (viva, seca, fresca, congelada, mixta, con grenetina, etc)
7. Administrar la dieta para las diferentes especies tomando en cuenta los días que son alimentadas en el Centro (Figs. 27-30)

Figura 27. Alimento peletizado como opción en la alimentación de tortugas omnívoras
Fuente: José Páramo

Figura 28. *Tenebrio molitor* en fase de escarabajo como opción en dietas con alimento vivo
Fuente: MVZ Natalia Hernández León

Figura 29. Dieta para tortugas herbívoras (mezcla de vegetales y frutas)
Fuente: Liliana Jiménez

Figura 30. Filete de pescado como ingrediente para dietas de tortugas carnívoras
Fuente: José Páramo

Evaluación

Integración de conocimientos teórico-prácticos, informe escrito, realización de actividades, adquisición de habilidades y destrezas, material completo, elaboración de dietas.

Práctica 5
Higiene de las instalaciones y equipo

Objetivo general
El alumno o la alumna participará en la higiene de las instalaciones, limpiando y/o desinfectando los albergues y equipo para prevenir la entrada y propagación de enfermedades que afecten a los ejemplares

Objetivos específicos
1. El alumno o la alumna realizará la higiene de las instalaciones en general donde se encuentran alojados los quelonios
2. El alumno o la alumna realizará la higiene del equipo donde se encuentran alojados los quelonios

Introducción
La higiene es esencial para mantener saludables a las tortugas, la mejor forma de mantener el agua limpia es haciendo cambios totales de agua, grandes volúmenes de agua disminuirán la frecuencia de los cambios de agua. El número de animales, la frecuencia de alimentación y el tipo de alimento ofrecido determinará la periodicidad de limpieza.

Las variaciones drásticas de temperatura al hacer los cambios de agua pueden ocasionar un efecto negativo en la salud de las tortugas. Un sistema de filtración disminuirá, pero no eliminará la necesidad de hacer cambios completos de agua. Las cajas o acuaterrarios pueden ser limpiados con cuaternarios de amonio o una dilución de hipoclorito de sodio al 3%, a esta concentración se puede desinfectar cajas, tinas, equipo y estanques.
Aunque algunos reptiles producen menos desechos que los mamíferos, la limpieza infrecuente puede resultar en una acumulación de patógenos tales como *Salmonella sp*. La limpieza de tinas o recintos a intervalos de 1 a 2 semanas es adecuada y se sugiere una desinfección mensual. Las pruebas bacteriológicas son un método de monitoreo para corroborar las efectividades de la limpieza[4,5]

Habilidades y destrezas a adquirir
El alumno o la alumna adquirirá habilidades en la limpieza de instalaciones y equipo de recintos en donde se mantienen a las tortugas, y las destrezas en la detección de fallas y eficiencia en las técnicas de limpieza y desinfección empleadas en las instalaciones y equipo de las tortugas

Protocolo
Material general
- ✓ Detergente libre de fosfatos
- ✓ Desinfectante a base de hipoclorito de sodio al 3% o cuaternarios de amonio
- ✓ Cepillos
- ✓ Agua potable
- ✓ Manguera
- ✓ Quelonios

Material por alumno(a)
- ✓ Libreta para anotar
- ✓ Lápiz o Bolígrafo

✓ Botas de hule
✓ Filipina
✓ Guantes de protección

Actividades

1. Lavado de instalaciones y equipo
2. Lavado de contenedores o recipientes que se utilizan en la alimentación de los animales
3. Cepillado de las conchas de las tortugas para eliminar exceso de microalgas o materia orgánica adherida
4. Detección de fallas y aciertos en la técnica de limpieza y desinfección
5. Propuesta de métodos de desinfección y otros métodos de limpieza

Procedimiento

1. Cepillar y enjuagar con agua potable los pisos y paredes que conforman las áreas del recinto en donde se mantienen las tortugas, dos veces por semana (Figs. 31-35)

Figura 31. Cepillado de la pared del estanque
Fuente: Angel García Hernández

Figura 32. Cepillado del piso del estanque
Fuente: Angel García Hernández

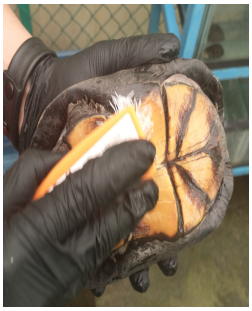
Figura 33. Cepillado del piso del pasillo
Fuente: Angel García Hernández

Figura 34. Cepillado de área de descanso en el estanque
Fuente: Angel García Hernández

Figura 35. Llenado con agua potable el estanque
Fuente: Angel García Hernández

2. Cepillar y enjuagar con agua potable las conchas de las tortugas que tengan materia orgánica adherida (alimento, restos de heces, microalgas) (Figs. 36-40)

Figuras 36 y 37. Cepillado para quitar el crecimiento de algas en el Caparacho o espaldar
Fuente: Angel García Hernández



Figuras 38, 39 y 40. Cepillado para quitar el crecimiento de algas en el plastrón o peto
Fuente: Angel García Hernández

3. En caso de contar con filtros y termostatos en el área húmeda. Realizar el cepillado y enjuague con agua potable del equipo
4. En caso de la presentación de algún caso clínico de tipo infeccioso, desinfectar contenedores, equipo y material utilizado durante el manejo o del recinto en general; con hipoclorito de sodio al 3% o cloruro de benzalconio al 1%
5. Sugerir análisis microbiológicos periódicos para garantizar una carga bacteriana baja o descartar la presentación de microorganismos patógenos en el recinto
6. Previo a la alimentación diaria de los animales, cepillar y enjuagar los recipientes del alimento y enjuagar al chorro de agua vegetales y frutas

Evaluación
Integración de conocimientos teórico-prácticos, informe escrito, realización de actividades, adquisición de habilidades, redacción de propuestas sobre otros métodos de desinfección y análisis microbiológicos en caso de requerirse

Prácticas 6 y 7
Atención de casos clínicos

Objetivo general
El alumno o la alumna participará en la atención y seguimiento de casos clínicos mediante la metodología diagnóstica para confirmar el diagnóstico presuntivo y dar oportunamente un tratamiento

Objetivos específicos
1. El alumno o la alumna realizará una inspección externa en las tortugas para detectar cambios anatómicos, fisiológicos y signos que sugieran la presencia de lesiones o enfermedades
2. El alumno o la alumna empleará la metodología adecuada para obtener un diagnóstico presuntivo y de ser posible final, para dar un tratamiento y seguimiento del/los casos clínicos
3. El alumno o la alumna seleccionará el tratamiento adecuado acorde al caso y reconocerá las vías de administración de fármacos utilizadas en tortugas
4. Conocerá y practicará la intubación gástrica para la administración de alimentación forzada o fármacos enterales
5. Aplicará medidas de prevención como la cuarentena en caso de ser necesario

Introducción
Todos los reptiles de nuevo ingreso a las instalaciones deben ser cuarentenados. Muchos animales silvestres, dependiendo de la facilidad de las prácticas de manejo, pueden ser estresados y presentar alguna enfermedad. Pocos reptiles llegan con reportes completos del estado de salud. Debido a esto, lo mejor es cuarentenar a todos los animales para prevenir la introducción de enfermedades en grupos establecidos de animales. Cuando se introducen nuevos animales deben ser examinados físicamente y realizar pruebas de diagnóstico apropiadas. Parásitos externos e internos deben ser analizados para llevar a cabo un tratamiento. Las enfermedades infecciosas deben ser diagnosticadas y tratadas.

Un reptil con signos de enfermedad nunca debe ser introducido dentro de la colección existente. Para llegar a un diagnóstico clínico se utilizan las mismas técnicas semiológicas que se aplican en otros animales, consiste en reseña, anamnesis, examen general y particular. La obtención de datos no es tan fácil como en los mamíferos pues se requiere de un conocimiento previo de la anatomía.

La reseña se inicia con la determinación de la especie, sexo, edad y peso del individuo. Para la determinación de la edad uno de los métodos más sencillos, es el recuento de los anillos que rodean cada escudo córneo del espaldar, laterales o placas abdominales, que reflejan la detención de crecimiento durante los períodos de hibernación durante el cual no se alimenta y detiene su crecimiento. El peso depende de la especie, se debe considerar que el 15 o 30% del peso del animal corresponden al caparazón y plastrón los que se incluyen en el peso total pues presentan actividad metabólica del animal. En la anamnesis realizar una buena recolección de datos, considerando el origen del quelonio, tipo de dieta, hábitat en cautiverio y las características del terrario donde está (limpieza, frecuencia, sustancias químicas utilizadas) temperatura, si presentó algunos signos de enfermedades y tratamientos anteriores.

Para la inspección observar el animal en reposo y evaluar su estado de relación con el medio, movimientos, estado general del caparazón y tegumento; estado de nutrición,

cambios de color, deformaciones o presencia de lesiones, posteriormente se efectúa la inspección y palpación particular, empezando por la cabeza, explorar los ojos (brillo, movilidad, grado de hidratación, lesiones, reflejos corneal y palpebral), la membrana timpánica (oído medio representado por una cavidad timpánica). En la cavidad bucal observar el color de mucosa y lengua, hidratación y apertura de la glotis. En los orificios nasales ver si están secos o con secreciones y si existen ruidos anormales. La exploración de la piel, permitirá observar presencia de lesiones, integridad de las escamas, coloración. A nivel del cuello se evalúan los movimientos respiratorios y gulares; efectuar la palpación de esófago y tráquea. En los miembros explorar los ejes óseos, inspección de la cara plantar de miembros posteriores de las hembras para comprobar ovoposición. En el caparazón apreciar forma, tamaño, color, integridad; escudos y anillos córneos (simetría, número), grado de calcificación, percusión de áreas pulmonares, frecuencia pulmonar es 4 a 8 movimientos por min. En la cavidad celómica efectuar la inspección de fosas axilares e inguinales, palpación profunda para comprobar la presencia de huevos, cuerpos extraños. En la cloaca y el apéndice caudal efectuar inspección de la coloración, que es normalmente blanco grisáceo, también efectuar palpación de cloaca.

Es importante determinar el sexo e inspeccionar el pene. Finalmente se evaluará el reflejo cloacal. Para complementar y fundamentar el diagnóstico de enfermedades se realizan estudios complementarios, tales como: hemogramas, ultrasonografía, estudios radiológicos, coproparasitológicos, cultivos bacteriológicos, urianálisis, histopatología, etc.

En los quelonios se pueden presentar distintas patologías, entre las más frecuentes se encuentran:
Víricas: Hepatitis, rinitis, estomatitis
Bacterianas: Salmonelosis, septicemias (*Leptospira* sp., *Clostridium novy*, *Aeromonas* sp. y *Pseudomonas* sp., *Mycobacterium* sp
Micosis: *Aspergillus* sp., *Geotrichum* sp., *Sporotrichum* sp.; *Candida albicans*, *Trichosporum* sp., *Fusarium* sp
Endoparásitos: *Hexamita parva*, *Entoameba invadens*, *Myxidium* y *Henneguya*.
Lesiones, quemaduras, abscesos, dermatitis ulcerativa septicémica, paraqueratosis,
Caparazón: Afecciones por algas, necrosis, hongos, fracturas.
Alteraciones metabólicas: Hipovitaminosis A, D, E C.

Las vías de administración de fármacos empleadas en quelonios y otros reptiles son:
Tópica: La aplicación tópica de medicamentos en reptiles se limita al tratamiento de lesiones superficiales (heridas, dermatosis bacterianas y fúngicas) e infestaciones por ectoparásitos. En muchas circunstancias remover la piel muerta de la superficie y debridar quirúrgicamente lesiones de piel es más apropiado que una simple medicación tópica.
Subcutánea: en un pliegue en la piel de una de las extremidades o en la porción caudal del cuello

Oftálmica: Muchas preparaciones oftálmicas para mamíferos pueden utilizarse en reptiles.
Intubación gástrica: Para individuos que rechazan los medicamentos directamente en la boca, especialmente cuando se trata de más de 1ml/kg, la intubación gástrica es un método entérico efectivo que va de esófago a estómago
Dependiendo de la especie y tamaño del reptil, pueden utilizarse varios tubos, desde catéteres intravenosos, hasta sondas esofágicas

Inyección intramuscular: La ruta intramuscular es quizás la ruta parenteral más práctica, excepto en especies muy pequeñas. Es preferible utilizar sitios de inyección en la parte media craneal del cuerpo de los reptiles, debido a la circulación hepática renal. En quelonias

los sitios de inyección recomendados son: tríceps braquial, cuadríceps femorales y cualquier masa muscular palpable[5, 11,12,13,17,18]

Habilidades y destrezas a adquirir
El alumno o la alumna practicará la sujeción de tortugas y conocerá las técnicas de sujeción para procedimientos clínicos, obtendrá la destreza en el empleo de fármacos para quelonios, especialmente la intubación gástrica; adquirirá la habilidad de detectar lesiones o procesos infecciosos; en empleo de metodología diagnóstica, destrezas en la toma de decisiones sobre tratamientos específicos y efectivos

Protocolo
Material general
✓ Contenedores de material punzocortante
✓ Contenedores de residuos biológico-infecciosos

Material por alumno(a)
✓ Hojas de registros (pesos, datos morfométricos)
✓ Guantes de látex
✓ Guantes de nitrilo
✓ Espéculos orales pequeños y medianos para aves o elaborados por los alumnos (Abrepicos)
✓ Cloruro de benzalconio
✓ Sondas de Nélaton de diferentes calibres (8, 10,12 Fr)
✓ 15 jeringas de 1cc
✓ 15 jeringas de 3 mL
✓ Un paquete de gasas estériles
✓ Antibióticos, analgésicos, antiinflamatorios (en casos necesarios)
✓ Filipina
✓ Calculadora
✓ Libreta
✓ Bolígrafo o Lápiz

Actividades
1. Inspección externa de los quelonios
2. Detección, tratamiento y seguimiento de casos clínicos
3. Administración de fármacos por vía oral

Procedimiento
1. Exploración física de todas las tortugas del Centro de preservación de tortugas para detectar cambios anatómicos, fisiológicos y signos que sugieran la presencia de lesiones o enfermedades. Obtener una reseña, anamnesis, examen general y particular
2. En caso de detectar anormalidades emplear la metodología adecuada para obtener un diagnóstico presuntivo y de ser posible final, para dar un tratamiento y seguimiento del/los casos clínicos (Figs. 41-43)
3. Medir la distancia entre pico y estómago para conocer la longitud de la sonda a introducir, en caso necesario se deberá cortar
4. Realizar el método de sujeción correspondiente para cada tortuga y colocar el espéculo en el pico manteniéndolo abierto para introducir la sonda Nélaton
5. A través del espéculo se introducirá la sonda en cavidad oral dirigiéndola a la glotis, teniendo cuidado de no dirigirla hacia tráquea. Continuar introduciéndola hasta sentir el

cardias. Al llegar a esa zona administrar con la jeringa, la solución de Vitafort® preparada, en caso de no resbalar por gravedad, retraer ligeramente la sonda y volverla a introducir.
6. Se deberá realizar el mismo procedimiento en todas las tortugas (Figs. 44-45)

Figura 41. Tratamiento tópico en úlceras en plastrón de tortuga pavorreal (*Trachemys venusta venusta*)
Fuente: MVZ Natalia Hernández León

Figura 42. Radiografía ventro-caudal de una tortuga orejas rojas (Trachemys scripta elegans) con retención de huevos
Fuente: Liliana Jiménez

Figura 43. Reparación de fractura con resina grado médico en caparazón de tortuga orejas rojas (*Trachemys scripta elegans*)
Fuente: MVZ Natalia Hernández León

Figura 44. Colocación de espéculo y sonda de Nélaton para intubación gástrica en tortuga orejas rojas *(Trachemys scripta elegans*)
Fuente: MVZ Natalia Hernández León

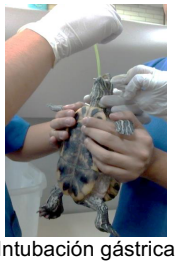


Figura 45. Intubación gástrica en tortuga tortuga orejas rojas (*Trachemys scripta elegans*)
Fuente: José Páramo

Evaluación

Realización de actividades, adquisición de habilidades, integración de conocimientos teórico-prácticos, informe final escrito.

Práctica 8
Colección de muestras de orina y heces
Objetivo general
El alumno o la alumna obtendrá muestras de orina y heces mediante la realización de enemas como método de diagnóstico de enfermedades del tracto urinario o gastrointestinal de los quelonios

Objetivos específicos
1. El alumno o la alumna realizará la obtención de muestras de orina para realizar los estudios de diagnóstico que requiera(n) el quelonio o los quelonios.

2. El alumno o la alumna realizará la obtención de muestras de heces para realizar los estudios de diagnóstico que requiera(n) el quelonio o los quelonios.

Introducción
Como podemos ver desafortunadamente, el urianálisis no es muy útil para diagnosticar enfermedades renales, ya que la poliuria es rara y difícil de reconocer, ya que la orina a menudo se mezcla con las heces. La gravedad específica de la orina tiene una utilidad limitada, ya que los reptiles no pueden producir una orina hipertónica ya que carecen de asa de Henle. Una baja gravedad específica de la orina refleja una hidratación normal. La orina en las tortugas herbívoras es alcalina, mientras que la orina en carnívoras y omnívoras es ácida. Las tortugas herbívoras producen orina ácida durante los períodos de sequía, al final de la hibernación, si tienen anorexia o si reciben una dieta rica en proteínas. Después de la recuperación, la orina vuelve a ser alcalina. Orina uretral normalmente contiene una gran cantidad de proteínas. La glucosa también debe estar ausente. La orina de la vejiga no refleja la función renal porque el agua, el sodio y el bicarbonato se absorben a través de la pared de la vejiga mientras que el hidrógeno excretado a diferencia de los mamíferos, no es estéril, ya que pasa a través del urodeo. La orina debe ser clara o amarilla. La orina verde es indicativa de inanición o enfermedad hepática debido a la presencia de biliverdina. La radiografía es una herramienta insensible para el diagnóstico de enfermedad renal, pero puede mostrar mineralización de tejidos blandos. Se puede usar la ecografía, pero es difícil visualizar los riñones, ya que se encuentran en la pelvis en las tortugas. La endoscopia es probablemente la herramienta diagnóstica más útil para diagnosticar enfermedad renal, ya que se puede utilizar para tomar una biopsia renal, que puede examinarse histológicamente y enviarse para el cultivo. Sin embargo, si las lesiones no se distribuyen uniformemente a lo largo de los riñones, es posible perderlos en una biopsia. Muestras de orina son útiles en el diagnóstico de agentes infecciosos como microsporidiosis, espironucleosis (*Spironucleus*), se pueden observar huevos de mixozoos y en casos de urolitiasis por deficiencias de vitamina A o D y exceso de oxalatos en la dieta[11].

En la naturaleza los endoparásitos mantienen una homeostasis con el animal hospedador, porque éste es esencial para la supervivencia del parásito y son un medio de transporte para la transmisión de futuras generaciones del parásito a otros hospedadores. Comúnmente muchas tortugas nacidas en cautiverio están subclínicamente parasitadas.
En general, aunque los animales parasitados estén bien alimentados y no estén estresados, pueden permanecer aparentemente sanos incluso cuando tengan una carga elevada de varios parásitos[5,9].

Las concentraciones bajas de parásitos generalmente no ocasionan problemas de salud en las tortugas, pero si se elevaran podrían ser dañinos como en los casos en donde no se realiza una limpieza adecuada del lugar en el que habitan. Hay factores que pueden

ocasionar estrés en las tortugas como la sobrepoblación, iluminación inadecuada y una dieta deficiente; ocasionando inmunodepresión volviéndolos más susceptibles a enfermedades. A diferencia de las tortugas que habitan en la naturaleza, las tortugas en cautiverio que se encuentran estresadas y altamente parasitadas tienen más probabilidades de padecer la infección. Los parásitos afectan la etapa de crianza y desarrollo de los reptiles y los reptiles altamente parasitados tienen poca o nula capacidad para reproducirse; la progenie de aquellos que lograran reproducirse podrían morir en entapas juveniles o presentar deficiencias en su crecimiento o tasas de crecimiento muy lentas. Las tortugas parasitadas tienden a ser más susceptibles a las enfermedades y a tener una vida más corta. Se colectan muestras fecales par ser examinadas y detectar la presencia de protozoarios, huevos de helmintos y larvas, células inflamatorias, bacterias y hongos. Es importante recolectar muestras de heces frescas y colocarlas en bolsas de plástico manteniéndolas en refrigeración hasta el momento de su procesamiento; las muestras de heces secas no se recomiendan ya que muchos protozoarios mueren tras la deshidratación. También se pueden obtener las muestras mediante la realización de enemas, utilizando una sonda de Nélaton (el diámetro dependerá del tamaño de la cloaca) y suero fisiológico.

Las técnicas que se emplean para el diagnóstico son:

Frotis directo: en un portaobjetos se coloca una gota de la muestra colectada se coloca un cubreobjetos y se observa en el microscopio. No se deben utilizar hisopos ya que el algodón puede absorber parte de la muestra y ciertos quistes pueden ser difíciles de identificar. La muestra se puede teñir agregando una gota de lugol

Flotación: la técnica de flotación se realiza en de la misma manera que para los animales pequeños, se realiza para detectar huevos de parásitos. Existen parásitos que forman parte de la microbiota intestinal de las tortugas como los protozoarios *Nyctotherus, Balantidium y Paramecium,* los cuales son requeridos para la digestión de la celulosa de la dieta y componentes complejos de los carbohidratos; por esta razón es importante conocer tanto la identificación taxonómica como la dieta de las tortugas que se encuentran en cautiverio antes de intentar identificar al parásito y la inducción de un tratamiento innecesario. Cuando la microbiota normal es perturbada o destruida, el intestino debe ser reinoculado con un cultivo u alguna fuente bacteriana y protozoarios. Otros protozoarios intestinales detectados en tortugas son *Spironucleus* (Hexamita) y coccidias como *Eimeria* spp y *Criptosporidium serpentis* y hemoprotozoarios como: *Haemoproteus*, *Leukocytozoon*, *Plasmodium*, *Schellakia*, *Trypanosoma*, *Hepatozoon* and *Haemogregarina*. Las tortugas pueden ser portadoras subclínicas de parásitos como Entamoeba *invadens* la cual es un ejemplo de ameba que causa baja morbilidad en las tortugas, pero pueden ocasionar infecciones graves y la muerte en serpientes y lagartos. Los nemátodos (*Angusticaecum spp. Strongyloides* spp., *Sulcascaris spp., Oxyuris spp.* y *Capillaria* spp.), tremátodos y céstodos son comunes en tortugas, particularmente animales capturados en la naturaleza. Es importante tener en cuenta que los quelonios también se ven afectados por ectoparásitos como garrapatas, en México generalmente de la especie *Ornithodoros turicata*; sanguijuelas y larvas de Lindarebra también se puede encontrar en las tortugas[9,11,13,14,16]

Habilidades y destrezas a adquirir

El alumno o la alumna adquirirá habilidades en la toma de muestras de heces mediante la realización de lavados intestinales y en la toma de muestras de orina mediante sondaje cloacal, y reconocerá las formas de parásitos y cristales de minerales mediante microscopía, y adquirirá la destreza para realizar los frotis directos

Protocolo

Material general

- ✓ Quelonios
- ✓ Porta y cubreobjetos
- ✓ Microscopio óptico
- ✓ Pipetas de plástico

Material por alumno(a)

- ✓ Sondas Nélaton de diversos diámetros (8,10,12 Fr)
- ✓ Guantes de látex
- ✓ Suero fisiológico
- ✓ Recipientes estériles para muestras de orina
- ✓ Libreta
- ✓ Bolígrafo o lápiz
- ✓ Cinta para identificar
- ✓ Bolsas de plástico
- ✓ Franela pequeña y mediana

Actividades

1 Obtención de orina mediante sondaje cloacal
2. Observación de muestras de orina en el microscopio óptico para detectar parásitos o cristales de urolitos
3. Obtención de muestras fecales a través lavados intestinales
4. Preparación de frotis húmedos para detectar parásitos

Procedimiento

1.- Separar en contenedores a las tortugas de diferentes especies
2. Para la obtención de muestras de orina. Sujetar a una tortuga manteniéndola en posición vertical e introducir poco a poco una sonda Nélaton distinta a la utilizada para los lavados intestinales, dirigiéndola hacia urodeo y realizando movimientos suaves semicirculares hasta obtener la muestra de orina. Sacar poco a poco la sonda evitando que la muestra se salga de la sonda. Colocar la orina en un recipiente estéril y realizar frotis húmedos para su observación en el microscopio óptico. Repetir el procedimiento con las tortugas restantes enjuagando la sonda previa a su uso (Figs. 46-48)

3. Apoyándose con una franela, sujetar a una tortuga evitando que mueva los miembros y cabeza. Mantenerla en decúbito dorsal en una inclinación aproximada de 45º e introducir poco a poco de manera suave, 5 cm de la sonda Nélaton considerando el diámetro de la cloaca. Realizar lavados intestinales introduciendo suero fisiológico hasta obtener la muestra fecal. Retirar la sonda evitando que la muestra se salga. Repetir el procedimiento con otras tortugas y colocarlas en otro contenedor al término de la actividad. Antes de repetir el procedimiento con cada tortuga, se deberá lavar la sonda en una solución con cloruro de benzalconio y enjuagarla con agua potable
4. Colocar la muestra en recipientes estériles, realizar frotis húmedos y observarlos en el microscopio óptico para detectar parásitos

Figura 46. Toma de muestra de orina utilizando una sonda Nélaton
Fuente: Liliana G. Jiménez

Figura 47. Lavados intestinales en colección de muestras de heces
Fuente: Liliana G. Jiménez

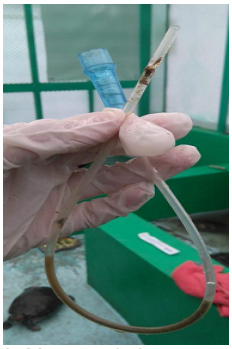


Figura 48. Muestra de heces de tortuga orejas rojas
Fuente: Liliana G. Jiménez

Evaluación

Realización de actividades, integración de conocimientos teórico-prácticos, adquisición de habilidades, informe de actividades

Práctica 9
Colección de muestras sanguíneas
Objetivo general
El alumno o la alumna obtendrá muestras sanguíneas de diferentes sitios de venopunción de utilidad diagnóstica para detectar enfermedades en quelonios

Objetivos específicos
1. El alumno o la alumna practicará la obtención de muestras sanguíneas de tortugas casquito (*Kinosternon* spp) y orejas rojas (*Trachemys scripta elegans*), a partir de la vena coccígea dorsal y de la vena yugular.
2. Realizará frotis sanguíneos para observar las células sanguíneas de las muestras obtenidas

Habilidades y destrezas a adquirir
El alumno o la alumna adquirirá la habilidad en la identificación de eritrocitos y otras células sanguíneas, y la destreza en la sujeción de las tortugas para venopunción; en la obtención de muestras sanguíneas en dos áreas anatómicas de diferentes tortugas de dos especies y en la realización de frotis sanguíneos

Introducción
La interpretación de la hematología y de la citología sanguínea en reptiles es una excelente herramienta diagnostica en estas especies cada vez más comunes en la clínica de animales exóticos[11]

Las muestras sanguíneas son útiles para diagnosticar procesos infecciosos, degenerativos, metabólicos, tumorales, entre otros. La colección de las muestras sanguíneas se dificulta por su caparazón y la capacidad que poseen de retraer y proteger sitios vascularizados. El total del volumen sanguíneo en quelonios corresponde al 5-8% de su peso corporal y del volumen sanguíneo puede extraerse un 10% de forma segura.

Los sitios de venopunción y el método de colección de muestras pueden afectar al valor hematocrito y a los recuentos totales. En los reptiles, los vasos linfáticos acompañan a los sanguíneos, lo que produce con frecuencia una contaminación linfática de la sangre durante la extracción. Para evitarlo, los sitios de extracción con menor contaminación linfática en tortugas son: la vena yugular y el plexo braquial. Sin embargo, también se pueden colectar de la vena subcarapacial, coccígea (dorsal y ventral), seno occipital, venas femorales y del corazón. Previo a la colección de las muestras se debe realizar la asepsia del sitio utilizando algún antiséptico como el cloruro de benzalconio o clorhexidina al 3%[12,18]

Para animales pequeños y medianos se utilizan jeringas de .5 y 3 mL calibres desde 22 a 27G y se introducen en ángulos entre 30 y 45º. Las muestras de sangre sometidas a exámenes hematológicos deben mantenerse con anticoagulante; el EDTA es el anticoagulante más adecuado para conservar la morfología celular para un conteo sanguíneo completo, desafortunadamente ocasiona hemólisis en la sangre de quelonios y otros reptiles, esto puede agravarse debido a un almacenamiento prolongado, por lo tanto, la heparina de litio es el anticoagulante de mayor uso en quelonios[4,9]

Protocolo

Material general

- ✓ Quelonios
- ✓ Porta y cubreobjetos
- ✓ Bolsa de residuos peligrosos biológico-infecciosos (roja)
- ✓ Contenedor para material punzocortante
- ✓ Recipiente con dilución de hipoclorito de sodio al 3%

Material por alumno(a)

- ✓ 2 Reportes
- ✓ 20 jeringas pediátricas de 23G
- ✓ 20 jeringas de 1ml calibre 25G
- ✓ Frasco de cloruro de benzalconio o clorhexidina al 3%
- ✓ 50 gasas estériles
- ✓ Guantes de látex
- ✓ Cinta adhesiva
- ✓ Marcador indeleble o bolígrafo
- ✓ Libreta
- ✓ Bolígrafo o lápiz
- ✓ Cinta para identificar
- ✓ Bolsas de plástico
- ✓ Franela pequeña y mediana

Actividades

1. Colección de muestras sanguíneas de vena yugular tortugas casquito (*Kinosternon* spp.)
2. Colección de muestras sanguíneas de vena coccígea dorsal de tortugas casquito (*Kinosternon* spp.)
3. Colección de muestras sanguíneas de vena yugular de tortugas orejas rojas (*Trachemys scripta elegans)*
4. Colección de muestras sanguíneas de vena coccígea dorsal de tortugas orejas rojas (*Trachemys scripta elegans*)
5. Realización de 2 frotis sanguíneos: de una muestra obtenida de vena yugular y una muestra obtenida de vena coccígea de una tortuga casquito
6. Realización de 2 frotis sanguíneos: de una muestra obtenida de vena yugular y una muestra obtenida de vena coccígea de una tortuga orejas rojas

Procedimiento

1. Colocar en varios contenedores a las tortugas orejas rojas y a las tortugas casquito
2. Identificarlas, pesarlas y calcular el volumen sanguíneo máximo a colectar considerando el límite seguro
3. Tomar una tortuga orejas rojas y sujetarla con apoyo de una franela para contenerla y evitar exponer los miembros
4. Para la toma de muestras de vena yugular, extraer el cuello con una mano y seguir sujetando el resto del cuerpo con la otra, para que otro alumno colecte la muestra sanguínea
5. Localizar la vena yugular, haciendo una ligera presión en la parte lateral del cuello y previo a la colección de la muestra, utilizando guantes, se debe realizar la asepsia del sitio con una gasa con antiséptico
6. Realizar la punción con una jeringa de 3 mL en dirección hacia el corazón. Una vez que ascienda la sangre por vacío, retirar la jeringa hasta obtener el volumen máximo seguro. Aplicar hemostasia en el sitio en caso de presentarse alguna hemorragia
7. Identificar la jeringa con cinta adhesiva y marcador indeleble anotando el número de identificación de la tortuga correspondiente

8. Realizar un frotis sanguíneo con la muestra y observarlo en el microscopio para reconocer la forma y núcleo de los eritrocitos
9. Un alumno o una alumna deberá sujetar una tortuga orejas rojas y con apoyo de una franela mantener la cabeza y miembros dentro de la bóveda del caparazón, mientras otro compañero colecta la muestra sanguínea
10. Antes de colectar la muestra es necesario mantener la cola en posición horizontal o en un ángulo de 45°, sin soltar la cola, realizar la asepsia de la zona proximal dorsal de la cloaca e insertar la jeringa en línea recta hasta llegar a vértebras coccígeas, al llegar a esa zona extraer ligeramente la jeringa y retraer el émbolo hasta encontrar la luz de la vena. Colectar el volumen máximo seguro y aplicar hemostasia en caso de observar hemorragia
11. Identificar la jeringa con cinta adhesiva y marcador indeleble anotando el número de identificación de la tortuga correspondiente
12. Realizar un frotis sanguíneo con la muestra y observarlo en el microscopio para reconocer la forma y núcleo de los eritrocitos
13. Repetir los procedimientos para la venopunción de yugular y coccígea para el resto de las tortugas de las dos especies
14. Realizar los frotis sanguíneos de una muestra obtenida de vena yugular y otro de una muestra obtenida de vena coccígea de tortugas casquito (Figs. 49 y 50)
15. Observar los frotis sanguíneos en el microscopio óptico
16. Colocar la sangre residual de las jeringas en un recipiente con una dilución de hipoclorito de sodio al 3%
17. Retirar la aguja de las jeringas y depositarlas en un contenedor para punzocortantes
18. Desechar las jeringas sin sangre, tapones y gasas en una bolsa
19. Comentar lo observado y las desventajas del uso de las técnicas para obtener muestras sanguíneas de la vena yugular y coccígea, entre ambas especies

Figura 49. Toma de muestra sanguínea de vena coccígea de tortuga orejas rojas
Fuente: MVZ Natalia Hernández León

Figura 50. Toma de muestra sanguínea de vena yugular de tortuga casquito
Fuente: MVZ Natalia Hernández León

Evaluación

Realización de actividades, integración de conocimientos teórico-prácticos, adquisición de habilidades, informe de actividades

Práctica 10
Informes finales escritos, examen práctico

Objetivo general

1. El alumno o la alumna obtendrá la metodología para entregar el informe final por escrito sobre los temas abordados en la semana y las recomendaciones pertinentes
2. El alumno o la alumna obtendrá los conocimientos teórico-práctico para realizar el examen práctico demostrando las habilidades adquiridas durante el desarrollo de su estancia

Objetivos específicos

1. El alumno o la alumna aplicará la metodología dirigida para entregar el reporte final semanal con los temas vistos manifestando las recomendaciones
2. El alumno o la alumna demostrará las habilidades y destrezas adquiridas de forma práctica con la elección de un ejemplar para que se lleve a cabo el examen práctico

Habilidades y destrezas a adquirir

El alumno o la alumna adquirirá la habilidad de entregar de forma correcta un informe de actividades por escrito, y la destreza de llevar a cabo la metodología para entregar un reporte escrito

El alumno o la alumna demostrará la habilidad de aplicar los conocimientos adquiridos al manipular al ejemplar en la realización del examen práctico, y la destreza de demostrar en el examen práctico lo aprendido durante su estancia de las dos semanas con el ejemplar

Protocolo

Material general

- ✓ Internet
- ✓ Libros
- ✓ Artículos
- ✓ Tinta
- ✓ Hojas
- ✓ Quelonio
- ✓ Porta y cubreobjetos
- ✓ Báscula
- ✓ Examen

Material por alumno(a)

- ✓ Sonda Nélaton de diversos diámetros (8,10,12 Fr)
- ✓ Guantes de látex
- ✓ Suero fisiológico
- ✓ 6 Jeringas de 3 mL
- ✓ Recipiente estéril para muestras de orina
- ✓ Recipiente estéril para muestras de heces
- ✓ Bolígrafo
- ✓ Cinta métrica o flexómetro
- ✓ Franela mediana

Actividades

1. Desarrollar la investigación del tema o de los diferentes temas revisado(s) en esa semana Determinación de la ubicación del acuaterrario
2. Determinación del equipo e instrumentos
3. Determinación de la especie
4. Determinación del marcaje
5. Determinación de las técnicas de sujeción
6. Determinación del sexo
7. Identificación de la importancia de llevar a cabo la limpieza, el cepillado de las instalaciones y los ejemplares
8. Obtención de los parámetros morfométricos
9. Determinación de la alimentación y nutrición
10. Realización del sondaje esofágico
11. Evaluación del estado de salud
12. Obtención de sangre mediante venopunción
13. Obtención de orina mediante sondaje cloacal
14. Obtención de muestras fecales mediante sondaje cloacal

Procedimiento

1. El alumno o la alumna entregará los dos informes escritos en físico los días viernes al terminar su práctica y después deberá de enviar sus reportes en PDF al correo de sus profesores teniendo como tiempo límite hasta las 10:00 pm, estos deben de tener una **Carátula**: con esos datos: Nombre de la Institución, Nombre de la Facultad, Nombre de la Asignatura, Profesor(es) Titular(es), Grupo, Nombre del Alumno o Alumna, Fecha de entrega, Calificación obtenida, además llevara una **Introducción** es realizando una revisión extensa del tema, mencionando las referencias estrictamente pertinentes, numeradas consecutivamente en superíndice, siguiendo el orden en el que se mencionan por primera vez en el texto (REVISTA VETERINARIA MÉXICO OA del año en curso), debe tener los **Objetivos: General(es)** y los **Específico(s)** donde su planteamiento deberá responder a quién, qué, cómo y para qué ejemplo El alumno (quién), medirá los parámetros físico-químicos del agua (qué) a través de kits colorimétricos (como) para evaluar y corroborar que cumpla con las necesidades específicas de los peces (para qué), tendrá un desarrollo de las actividades realizadas, **Material y métodos** donde desarrollo de las actividades tal y como se realizaron, mencionando los materiales con lo que se trabajaron, y describir el protocolo de la forma de realizarlas, poner los **Resultados** obtenidos, **Conclusión o conclusiones** y esta es de acuerdo a lo desarrollado por ti y es libre, debe de englobar todo el trabajo realizado desde la introducción hasta los resultados obtenidos, y si debe o no participar el MVZ en esta(s) especie(s), deberá tener **Recomendaciones** para que sea funcional, y debe tener las **Referencias Bibliográficas** en donde cada tema debe de tener mínimo 3 referencias del 2021 a la fecha, estas 3 referencias van de acuerdo a la realización de la práctica por día también, y deben llevar los datos del libro, artículo, página web como lo establece el instructivo para los autores en REVISTA VETERINARIA MÉXICO OA del año
2. Además el alumno(a) elegirá la tortuga con la que se procederá a realizar el examen práctico en donde describirá la ubicación del acuaterrario y las áreas con las que cuenta
3. Describirá el equipo e instrumentos con los que cuenta el acuaterrario
4. Describirá la especie y características biológicas
5. Describirá el marcaje
6. Describirá las técnicas de sujeción
7. Determinará la identificación del sexo
8. Describirá la importancia del cepillado en las instalaciones y en los ejemplares

9. Obtendrá los parámetros morfométricos
10. Describirá el tipo de alimentación y nutrición
11. Realizará el sondaje esofágico
12. Evaluará el estado de salud
13. Obtendrá 1 mL de sangre mediante venopunción coccígea y yugular
14. Obtendrá 5 mL de orina mediante sondaje cloacal
15. Obtendrá 3 a 5 g de heces fecales mediante sondaje cloacal

Evaluación

Realización de los dos reportes semanales, donde incluyen el informe final por escrito de todas las actividades realizadas por semana, demostrando los conocimientos teóricos sobre la(s) tortuga(s) y las habilidades prácticas de la(s) especie(s) demostrándolas en el examen

Referencias bibliográficas

1. LÓPEZ- GÓMEZ M. A (2009). Uso de las tortugas de agua dulce en Tlacotalpan, Veracruz y propuesta para su conservación. Tesis profesional de biólogo. Universidad Veracruzana. Xalapa, Ver.

2. FLORES PUEBLA LILIANA (2009). Valoración y uso de tortugas dulceacuícolas en la cuenca baja del Papaloapan, Veracruz. Tesis profesional de Maestro en Ciencias. Manejo de Fauna Silvestre. Instituto de Ecología Versión en PDF

3. ARMIJO RICARDO. Las tortugas de agua dulce: patrimonio zoológico y cultural de Tabasco. [Citado el 04-09-17]. Obtenido de: http://www.academia.edu/5128715/Las_tortugas_de_agua_dulce_patrimonio_zool%C3%B3gico_y_cultural_de_Tabasco

4. GIRLING SJ, RAITI P. Manual of reptiles (Manual de reptiles). 2ª edición. Inglaterra: BSVA, 2004

5. BALLARD B, CHEEK R. Exotic Animal Medicine for the Veterinary Technician (Medicina de Animales Exóticos para el Técnico Veterinario). Iowa:Blackwell Publishing, 2010

6. PÉREZ GMR, BARBONA V, VERCELLESE W y ARAKI NB. (En línea) Actualización Bibliográfica de tratamientos en Tortugas. Univ. Nal del Nordeste. Comunicaciones Científicas y Tecnológicas c 2005 [citado septiembre 12 del 2018] Disponible en:http://www.unne.edu.ar/unnevieja/Web/cyt/com2005/4-Veterinaria/V-028.pdf

7. ECKERT, K. L., K. A. BJORNDAL, F. A. ABREUGROBOIS Y M. DONNELLY (Editores). 2000 (Traducción al español). Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas. Grupo Especialista en Tortugas Marinas UICN/CSE Publicación No. 4. Versión en PDF

8. LEGLER J. M and VOGT R. C. The Turtles of Mexico. Land and Freshwater forms. USA: University of California Press, 2013

9. MADER DR. Reptile Medicine and Surgery (Medicina y cirugía de reptiles). USA: Saunders Elsevier 2005

10. AVANZI M. MILLEFANTI M. El gran libro de las tortugas. De Vecchi: Barcelona, 2004

11. DONELEY B, MONKS D, JOHNSON R, CARMEL B. Reptile Medicine and Surgery in Clinical Practice. Oxford UK: Wiley Blackwell; 2018.

12. AGUILAR R, HERNÁNDEZ DSM, HERNÁNDEZ DSJ. Atlas de Medicina, Terapéutica y Patología de Animales Exóticos. Intermédica: Argentina, 2005
13. JACOBSON re. Infectious Diseases and Pathology of Reptiles Color Atlas and text. USA: Taylos & Francis Group, 2007

14. McCARTHUR S, WILKINSON R, MEYER J. Medicine and Surgery of tortoises and Turtles. UK:Blackwell, 2004

15. MORENO BR, FLORES G, SANDOVALM. Manual de técnicas de necropsia patología general, UNAM, FES, Departamento de Ciencias de la Salud Animal: Edo.de México, 2008

16. TAYLOR, M. A., *et al*. Veterinary Parasitology, John Wiley & Sons, Incorporated, 2013

17. MITCHELL MA, TULLY TN. Manual of Exotic Pet Practice. Ciudad: Saunders Elseiver, 2009

18. PÉREZ GMR, BARBONA V, VERCELLESE W y ARAKI NB. (En línea) Actualización Bibliográfica de tratamientos en Tortugas. Univ. Nal del Nordeste. Comunicaciones Científicas y Tecnológicas c 2005 [citado septiembre 12 del 2018] Disponible en:http://www.unne.edu.ar/unnevieja/Web/cyt/com2005/4-Veterinaria/V-028.pdf